

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA



IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) POR DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN EL ZOCRIADERO LA CASA DEL VENADO-CAYAMBE

AMANDA CAROLINA HERRERA LÓPEZ

Dr. Christian Quinteros, Mg

CEVALLOS-ECUADOR

2023

CEVALLOS, 16 DE FEBRERO DEL 2023

**APROBACIÓN DEL TUTOR**

“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) POR DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN EL ZOOCRIADERO LA CASA DEL VENADO-CAYAMBE”

**REVISADO POR**

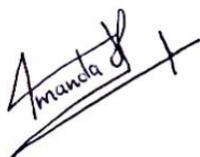
.....

Dr. CHRISTIAN ANDRÉS QUINTEROS FREIRE, Mg.

**TUTOR**

## AUTORÍA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

El suscrito, AMANDA CAROLINA HERRERA LÓPEZ, portador de cedula de identidad número: 1722811153, libre y voluntariamente declaro que el Informe Final del Proyecto de investigación titulado: “IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) POR DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN EL ZOOCRIADERO LA CASA DEL VENADO- CAYAMBE” es original, auténtico y personal. En la virtud, declaro que el contenido es de mi sola responsabilidad legal y académica, excepto donde se indican las fuentes de información consultadas.



.....  
AMANDA CAROLINA HERRERA LÓPEZ

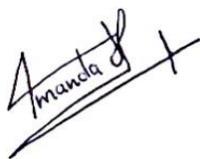
## DERECHOS DEL AUTOR

Al presentar este Informe Final del Proyecto de Investigación titulado “IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) POR DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN EL ZOCRIADERO LA CASA DEL VENADO-CAYAMBE”

como uno de los requisitos previos para la obtención del título de grado de Médico Veterinario, en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica de Ambato, autorizo a la Biblioteca de la Facultad, para que este documento esté disponible para su lectura, según las normas de la Universidad.

Estoy de acuerdo en que se realice cualquier copia de este Informe Final, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica potencial.

Sin perjuicio de ejercer mi derecho de autor, autorizo a la Universidad Técnica de Ambato la publicación de este Informe Final, o de parte de él.



.....  
AMANDA CAROLINA HERRERA LÓPEZ

## APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

“IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) POR DIFERENTES MÉTODOS COPROLÓGICOS EN EL ZOOCRIADERO LA CASA DEL VENADO-CAYAMBE”

REVISADO POR:

.....

CHRISTIAN ANDRÉS QUINTEROS FREIRE, MVZ, Mg.

TUTOR

FECHA

15/03/2023

.....

.....

Ing. Patricio Núñez PhD

PRESIDENTE TRIBUNAL

15/03/2023

.....

.....

Dr. Roberto Almeida. Mg.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN

15/03/2023

.....

.....

Dra. Sandra Cruz. Mg.

MIEMBRO DEL TRIBUNAL DE CALIFICACIÓN

## DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mi madre que ha sido el pilar fundamental en mi vida y mi gran apoyo en el ámbito profesional. Ha sido la persona que más ha confiado en mi desde los inicios en la carrera.

A mi querida abuela Brittzia que me ha inculcado valores y sabiduría a lo largo de mi vida.

A la memoria de mi querida Tía Olivia Germania y mi abuelo Marco López que a pesar de que no se encuentran conmigo supieron demostrarme su cariño incondicional.

A mi prima Taty y mi mejor amiga Dani que han estado en mis peores y mejores momentos de mi vida universitaria.

El presente trabajo me dedico a mí misma por todo mi trabajo y esfuerzo, por nunca decaer y ser siempre perseverante.

“En la profundidad del invierno, aprendí que en mi interior hay un verano  
invencible”

**Albert Camus**

## AGRADECIMIENTO

A mis padres Silvana López y Edgar Herrera que con su esfuerzo me permitieron cursar una carrera universitaria. A mi madre por su confianza y apoyo desde que supimos que iba a estudiar en otra provincia. A mi padre por haber estado presente en mi trabajo de campo en Cayambe.

A todos mis amigos y amigas que hice durante la carrera, en especial a mis amigas Krups y Dani que estuvieron apoyándome en todo el proceso de la tesis y nunca dudaron de mí.

A la Casa del Venado en especial a su propietario Julio Villalba por abrirme sus instalaciones y permitirme realizar mi trabajo de campo.

A todo el personal docente de la Universidad Técnica de Ambato por haberme impartido grandes conocimientos para mi vida profesional. En especial al Dr. Christian Quinteros por aceptar ser mi tutor y al Dr. Jorge Moposita por enseñarme y brindarme sus conocimientos dentro del Hospital Docente Veterinario UTA.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

PORTADA.....	1
RESUMEN EJECUTIVO .....	ii
ABSTRACT.....	iii
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO .....	4
1.1    Introducción.....	4
1.2    Antecedentes Investigativos .....	6
1.3    Marco teórico.....	8
1.3.1    Biología.....	9
1.3.2    Sistema digestivo .....	10
1.3.3    Reproducción .....	11
1.4    Sentido del olfato.....	11
1.4.1    Hábitat.....	11
1.4.2    Distribución.....	12
1.4.3    Parásitos gastrointestinales.....	12
1.4.4    Métodos coprológicos .....	19
1.5    Objetivos e Hipótesis.....	21
1.5.1    Objetivo general.....	21
1.5.2    Objetivos específicos .....	21
1.5.3    Hipótesis.....	22
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA .....	23
2.1    Ubicación del experimento.....	23
2.2    Características del lugar .....	23
2.3    Equipos y Materiales .....	23
2.4    Factores de estudio .....	25

2.4.1	Selección de la muestra.....	25
2.5	Manejo del Experimento .....	26
2.5.1	Obtención y Transporte de las muestras .....	26
2.5.2	Métodos.....	27
2.6	Análisis estadístico .....	28
2.7	Variable respuesta .....	29
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....		31
3.1	Análisis y Discusión de los resultados .....	31
3.1.1	Frecuencias.....	31
3.2	Verificación de Hipótesis .....	38
3.3	Características Morfológicas de los parásitos .....	40
CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....		43
4.1	Conclusiones.....	43
4.2	Recomendaciones .....	44
ANEXOS.....		53

### ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

<b>Ilustración 1</b>	Fotografía de un venado .....	8
<b>Ilustración 2</b>	Venado de Cola Blanca.....	10
<b>Ilustración 3</b>	Ooquistes de Eimeria.....	13
<b>Ilustración 4</b>	Huevo de Fasciola hepática .....	14
<b>Ilustración 5</b>	Huevos de Trichostrongyloides .....	16
<b>Ilustración 6</b>	Huevos de Strongyloides .....	16
<b>Ilustración 7</b>	Huevos de Capillaria spp .....	17
<b>Ilustración 8</b>	Huevo embrionado de Ostertagia.....	18
<b>Ilustración 9</b>	.....	19
<b>Ilustración 10</b>	Conteo en cámara de McMaster.....	29

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1</b>	Promedio de parásitos en el método de Sheather.....	31
<b>Gráfico 2</b>	Promedio de parásitos en el método de faust.....	32
<b>Gráfico 3</b>	Categoría adultos flotación de sheather .....	33
<b>Gráfico 4</b>	Categoría adultos flotación de faust .....	33
<b>Gráfico 5</b>	Categoría juveniles flotación de sheather .....	35
<b>Gráfico 6</b>	Categoría juveniles flotación de faust.....	35
<b>Gráfico 7</b>	Categoría crías flotación de sheather .....	36
<b>Gráfico 8</b>	Categoría flotación de faust.....	37

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1</b>	Clasificación taxonómica del Venado Cola Blanca .....	9
<b>Tabla 2</b>	Características geográficas del zocriadero la Casa del Venado .....	23
<b>Tabla 3</b>	Pruebas de t student.....	38
<b>Tabla 4</b>	Características de los parásitos encontrados en las heces de venado .....	40

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>Anexo 1</b>	Identificación de ejemplares .....	53
<b>Anexo 2</b>	Recolección de Muestras .....	54
<b>Anexo 3</b>	Preparación método de Sheather .....	55
<b>Anexo 4</b>	Preparación método de Faust.....	57
<b>Anexo 5</b>	Registros de recolección y procesamiento de las muestras con el conteo en la cámara de McMaster .....	60
<b>Anexo 6</b>	Tablas de Frecuencias de parásitos por edades .....	63

## RESUMEN EJECUTIVO

La presente investigación tuvo como objetivo la identificación de parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) por diferentes métodos coprológicos. Se procesaron 38 muestras de venados, 16 de las muestras pertenecen a la categoría adultos, 16 a la categoría juveniles y 6 a la categoría de las crías. Las muestras fueron evaluadas por dos métodos de flotación coprológicos: Flotación de Sheather en base a una solución de sacarosa a una densidad de 1,20 y Flotación de Faust en base a una solución con sulfato de Zinc a una densidad de 1,18. Los datos obtenidos se recopilaron en Excel para realizar tablas de frecuencias y determinar si existe diferencias entre los 2 métodos coprológicos para la observación de parásitos. Los parásitos que se presentaron con mayor frecuencia fueron los nemátodos *Strongyloides spp*, *Capillaria spp*, *Trichostrongylus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp* y el protozoo *Eimeria spp*. Siendo *Strongyloides spp* el parásito que presentó mayor porcentaje en las 3 categorías de adultos (79% en Sheather y 83% en Faust), crías (72% en Sheather y 83% en Faust), y juveniles (92% en Sheather y 94% en Faust). Se efectuaron 9 pruebas t student de los parásitos *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus spp* y *Eimeria spp* las cuales demostraron que existen diferencias en los métodos, con esto y el conteo de huevos en la cámara de McMaster se evidenció que el método con mayor efectividad es el de Faust por su capacidad de brindar muestras con menor sedimento y conservar cada estructura parasitaria. Todos los parásitos encontrados fueron clasificados por grupos y se describieron morfológicamente.

*Palabras claves: Venado, Sheather, Faust, parásitos gastrointestinales*

## ABSTRACT

The objective of this research was to identify gastrointestinal parasites in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) by different coprological methods. Thirty-eight deer samples were processed, 16 of the samples belonged to the adult category, 16 to the juvenile category and 6 to the calf category. The samples were evaluated by two coprological flotation methods: Sheather flotation based on a sucrose solution at a density of 1.20 and Faust flotation based on a solution with Zinc sulfate at a density of 1.18. The data obtained were compiled in Excel to make frequency tables and determine if there are differences between the 2 coprological methods for the observation of parasites. The parasites that occurred most frequently were the nematodes *Strongyloides* spp, *Capillaria* spp, *Trichostrongylus* spp, *Ostertagia* spp, *Oesophagostomum* spp and the protozoan *Eimeria* spp. *Strongyloides* spp. was the parasite that presented the highest percentage in the 3 categories of adults (79% in Sheather and 83% in Faust), hatchlings (72% in Sheather and 83% in Faust), and juveniles (92% in Sheather and 94% in Faust). Nine student t-tests were performed for *Strongyloides* spp, *Trichostrongylus* spp and *Eimeria* spp parasites, which showed that there are differences in the methods, with this and the counting of eggs in the McMaster chamber, it was evidenced that the most effective method is the Faust method due to its capacity to provide samples with less sediment and preserve each parasite structure. All parasites found were classified by groups and described morphologically

*Key words: Deer, Sheather, Faust, gastrointestinal parasites.*

## CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

### 1.1 Introducción

El venado de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) es un mamífero artiodáctilo perteneciente a la familia cervidae que evolucionó en América desde el Norte de Canadá siguiendo por Estados Unidos, México y países de América Latina como Ecuador, Perú y Bolivia. Los machos mudan de cornamenta cada año y se los denomina ungulados porque caminan sobre el tercer y cuarto dedo. Los venados son considerados ruminantes al presentar 4 cavidades en el estómago, sin embargo, estos animales carecen de vesícula biliar (**Hewitt, 2011**).

Los ciervos al ser herbívoros generan un impacto sustancial en la vegetación de los bosques y desarrollan un papel importante en los ecosistemas forestales (**Gill, 2000**). Según **D’Cruze (2021)** en su estudio “Caracterización del comercio en el mayor mercado de fauna silvestre de Perú amazónico” varias especies de mamíferos como el pecarí de collar (*Pecari tajacu*) y el ciervo blanco (*Odocoileus virginianus*) que son especies en declive, pero están clasificadas como preocupación menor por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) son comercializadas con gran facilidad en este mercado por la caza insostenible y descontrolada que existe.

Un componente necesario para la prevención de la naturaleza y la salud del ser humano es la vigilancia de las enfermedades en los animales salvajes. La propagación de enfermedades parasitarias depende de la difusión de nuevos hospederos intermediarios que son capaces de realizar cambios en los hospederos definitivos. Esto contribuye en la disminución de la condición física y peso corporal de los animales infectados; además, los parásitos pueden alterar los estados reproductivos y afectar los productos como la carne, astas, piel o terminar con la vida del animal (**Fox, 1997; Lloyd et al., 2009**).

Las infecciones por algunos parásitos como los protozoos y los helmintos son un importante problema sanitario en los venados cautivos y salvajes. Los ciervos que se encuentran en áreas grandes de la naturaleza tienen baja resistencia a las infecciones provocadas por parásitos (**Barmon et. al, 2014**). Para generar un estudio exacto de la carga parasitaria en animales se pueden utilizar varias técnicas que permiten el conteo de huevos fecales (FEC). En los rumiantes las técnicas de flotación son una importante herramienta para identificar parásitos gastrointestinales, las soluciones pueden ser filtradas o centrifugadas con el fin de desechar partículas grandes que impidan la correcta visualización de huevos en el microscopio (**Sabatini et. al 2023**). En el Centro y Sur de Chile utilizaron el método de flotación con centrifugación para procesar 200 muestras de ciervos de áreas protegidas, la solución fue a base de sulfato de Zinc. Los parásitos encontrados fueron *Nematodirus sp*, *Eimeria sp*, *Strongyle sp*, y *Moniezia sp* (**Hinojosa et. al, 2019**).

En un estudio realizado por **Salmorán et. al (2019)** se encontraron varios endoparásitos en las muestras de 10 ejemplares de venados de la especie de *Odocoileus virginianus*, las muestras fueron procesadas por el método de Sheather el cual se sustenta en la disolución de partículas de diferente tamaño por medio de una solución saturada de azúcar. Los géneros de parásitos con mayor prevalencia en la especie fueron *Taenia sp*, *Paragonimus sp*, y *Parascaris sp*.

**Según Mukul et.al (2014)** en su estudio de parásitos gastrointestinales en ungulados de vida silvestre y de cautiverio se identificó la prevalencia de los géneros *Capillaria*, *Eimeria*, *Strongyloides*, *Mammomonogamus* y *Trichuris*. Además, se demostró que las muestras de los cérvidos que se encontraron en cautiverio eran las que tenían mayor número de parásitos gastrointestinales a comparación de los cérvidos de vida libre.

A pesar que en el 2021 ya se realizó el primer estudio de parásitos gastrointestinales presentes en el venado de cola blanca en Colonche- Santa Elena Ecuador (**Guale, 2021**), la presente investigación tiene como objetivo la identificación de parásitos

gastrointestinales en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) por diferentes métodos coprológicos en el Zoológico La casa del Venado- Cayambe, esto permitirá que futuros investigadores evalúen si existe la misma frecuencia de parásitos en venados dentro del país y puedan elegir métodos coprológicos más efectivos para la especie.

## 1.2 Antecedentes Investigativos

**Santín et. al (2004)** en su investigación titulada “Parásitos Abomasales en Cérvidos Silvestres Simpátricos, *Ciervo rojo*, *Cervus elaphus* y *Gamo*, *Dama dama*, de tres Localidades del Centro y Oeste de España: Relación con la densidad de Hospedadores y la gestión de los Parques” menciona que los helmintos con mayor prevalencia en las muestras de 147 cérvidos son 3 especies de la subfamilia *Ostertaginae*: *Spiculopteragia asimétrica*, *Ostertagia leptospicularis* y *Ostertagia drozdzi*. Con una menor incidencia identificaron al nemátodo *Trichostrongylus axei*, no obstante, en las 3 zonas muestreadas la prevalencia de parásitos gastrointestinales en cérvidos tuvo un porcentaje alto del 97.5 al 100%.

**Cossío et. al (2015)** en su investigación titulada “Variación de parásitos gastrointestinales en Venado Bura y Ganado en la Reserva de la Biosfera Mapimí, México” explica que recolectó 222 muestras de heces de venado y 66 de bovinos de las cuales se encontraron diferentes parásitos en las dos especies. Las muestras fueron procesadas por medio de técnicas de flotación, Mc Master, Baerman y cultivo fecal dando como resultado a los siguientes parásitos: *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Bunostomum* en los bovinos y *Eimeria* en los cérvidos.

**Montes et. al (1998)** en su artículo titulado “Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal de venados cola blanca *Odocoileus virginianus* (*Artiodactyla: Cervidae*) en cautiverio en Yucatán, México” nos menciona que los principales

parásitos encontrados en los venados de cola blanca fueron *Monezia spp*, *Eimeria spp*, *Strongyloides spp*, *Haemonchus spp*, *Cooperia spp*, *Isospora spp*, y *Trichuris spp*. Las muestras se identificaron por técnicas de flotación, McMaster y cultivos para las larvas L3. Los géneros que presentaron mayor incidencia fueron *Eimeria*, *Isospora* y *Haemonchus*.

**Davidson et. al (2014)** en su investigación titulada “Parásitos gastrointestinales en una población noruega aislada de ciervos salvajes” encontraron varios géneros de parásitos extraídos del contenido del abomaso e intestino delgado de 12 ejemplares sacrificados. Los parásitos que tuvieron mayor predilección fueron: *Spiculoptera spiculoptera* con un 92% de las muestras procesadas, *Ostertagia leptospicularis* localizada en el 83% de las muestras y por último *Trichostrongylus axei* presente en el 42% de las muestras de abomaso.

**Alarcón et. al (2023)** en su artículo titulado “Parásitos gastrointestinales en ungulados silvestres del Norte de Veracruz” realizó un estudio en donde se procesó 49 muestras fecales de ungulados adultos por medio de técnicas de flotación con centrifugación dando como resultados a tres principales parásitos: *Eimeria*, *Strongyloides* y *Giardia*. De los 49 animales 32 salieron positivos a la presencia de parásitos gastrointestinales.

**Barmon et. al (2014)** en su investigación titulada “Estudio de los parásitos gastrointestinales de los ciervos en Char Kukri Mukri en el Distrito de Bhola” nos menciona que la prevalencia de parásitos en ciento veintisiete muestras de venados fue global, con ochenta y ocho muestras positivas a parásitos generando un porcentaje del 69,29%. Las muestras se evaluaron por medio de la técnica de dilución de óvulos de Stoll. Los principales grupos de parásitos encontrados fueron protozoos, nematodos y trematodos. Este último grupo presentó el mayor conteo de huevos en el trematodo *Paramphistomum sp* con un total de 300 hpg

### 1.3 Marco teórico

Los ciervos son animales ungulados que caminan sobre uñas gruesas denominadas pezuñas. El término ungulados proviene de la palabra latina unguis que significa uña del pie o garra. Estos animales pertenecen a la orden *Artiodactyla* que significa (artios: pares y daktulos: dedos de los pies) de la Clase Mammalia que se caracterizan por ser de sangre caliente, poseer 7 vértebras cervicales y dar leche a sus crías (Hewitt, 2011).

#### **Ilustración 1**

*Fotografía de un venado*



Autor: Amanda Herrera

**Tabla 1***Clasificación taxonómica del Venado Cola Blanca*

Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Artiodactyla
Familia	Cervidae
Género	Odocoileus
Especie	virginianus

Fuente: **Hewitt (2011)**

De la especie *Odocoileus virginianus* se han identificado 38 subespecies de las cuales dos pertenecen al territorio ecuatoriano: *Odocoileus virginianus ustus* que se encuentra en los páramos de la Región Interandina y *Odocoileus virginianus tropicalis* nativa de la región costera desde las llanuras secas hasta las zonas semidesérticas del Piso Suroccidental (**Wilson & Reeder, 2005**).

**1.3.1 Biología**

Los pesos del venado de cola blanca varían según la distribución, edad, estación y sexo. Las hembras adultas pesan entre 45 a 73 kg y los machos adultos pueden pesar desde 68 kg a 102 kg. Su altura hasta los hombros llega a unos 90 cm a 1 metro. En verano su pelaje es marrón rojizo, pero puede ser marrón grisáceo en invierno con

pequeños contrastes de blanco en las extremidades, barbilla, parte inferior de la cola, garganta, ojos y en el vientre. Una característica singular que determina el nombre del venado es su cola con fragmentos blancos y en forma triangular (**Hatter et. al, 2000**).

## **Ilustración 2**

*Venado de Cola Blanca*



Autor: Amanda Herrera

Los venados machos poseen astas con una o varias púas ramificadas que se caen y vuelven a crecer cada año, los cervatillos no tienen astas visibles. A partir del primer año se evidencia desde una espiga hasta cuatro u ocho púas en cada asta (**Hatter et. al, 2000**).

### **1.3.2 Sistema digestivo**

Los ciervos presentan cuatro cámaras en su estómago. El rumen está compuesto por varios microorganismos que intervienen en la descomposición de los alimentos vegetales los cuales son sensibles al frío y a cambios bruscos de dieta. Los venados comen se alimentan de vegetales voluminosos, los retienen en el rumen hasta buscar un lugar seguro en donde puedan iniciar la regurgitación y empezar a rumiar (mastigar

el bolo alimenticio). Este bolo pasa nuevamente al rumen luego al retículo para continuar su camino en el omaso y por último al abomaso. Los cérvidos completan su proceso de digestión y absorción en los intestinos delgado y grueso. Otra característica importante es que no cuentan con vesícula biliar (**Harris y Yalden, 2008**).

### **1.3.3 Reproducción**

Las hembras estacionales tienen un celo anual pero los machos son capaces de reproducirse a lo largo de varios meses, en general los apareamientos van de julio a diciembre en el celo. Los machos pueden desarrollar una melena peluda, cuellos engrosados, activación de glándulas, cambios de coloración y cuellos engrosados antes del periodo de apareamiento (**Hatter et. al, 2000**).

## **1.4 Sentido del olfato**

Es uno de sus sentidos más desarrollados son capaces de identificar a ciervos individuales, humanos y alimentos gracias a sus glándulas odoríferas (**Harris y Yalden, 2008**)

### **1.4.1 Hábitat**

Ocupan diversos hábitats, desde semidesiertos a montañas o se desplazan por zonas templadas, praderas y coníferas (**Barbanti et. al, 2012**). Se adapta en zonas abiertas con bosques caducifolios, árboles ralos, y sabanas. Esta especie dispone de amplios hábitos circadianos y pueden tener predominio diurno o nocturno (**Azevedo et .al, 2021**).

### 1.4.2 Distribución

Aparecieron por primera vez en Asia central los ciervos, pero emigraron a América a finales del Mioceno por medio del estrecho de Bering. Todas las tribus de ciervos irradian hacia el sur hace millones de años en los periodos Plioceno y pleistoceno, colonizando Sudamérica. Por su variada diversificación explotaron un hábitat diferente (**Fletcher, 2013**).

La especie clave entre los cérvidos es el venado de cola blanca, *Odocoileus virginianus*, y su pariente cercano, *Odocoileus hemionus*. Cuenta con una variedad de 38 subespecies que han colonizado hábitats desde el Sur de Perú hasta Canadá. En las regiones ecuatoriales su reproducción estacional es menos pronunciada a comparación de su reproducción y poblaciones en el Norte (**Fletcher, 2013**).

### 1.4.3 Parásitos gastrointestinales

Los venados de cola blanca son infectados con una variedad de parásitos gastrointestinales que pertenecen a los helmintos y protozoos. Los helmintos se clasifican en tres grupos importantes: nematodos, cestodos y trematodos (**Alarcón et. al, 2023**). Los principales géneros de éstos son: *Eimeria spp*, *Fasciola hepática*, *Trichostrongylus spp*, *Ostertagia spp*, *Strongyloides spp*, *Capillaria spp* y *Moniezia expansa* (**Montes et. al, 1998**).

### 1.4.3.1 Protozoos

Son organismos unicelulares de un tamaño en promedio de 1 a 500  $\mu\text{m}$  que dependiendo de su movilidad se clasifican en apicomplexa, ciliados, ameboides y flagelados. El filum apicomplexa comprende protozoos digestivos como *Eimeria spp* (Valcárcel, 2009).

- **Eimeria**

Este género se ubica en el revestimiento epitelial o en los tejidos del tracto digestivo, en pocas ocasiones se lo encuentra en los túbulos renales o conductos biliares. El ciclo biológico está comprendido en 3 fases:

1. Esquizogonia: Se reproduce de manera asexual en el hospedador.
2. Gametogonia: continua con una reproducción sexual prolífica creando los nuevos ooquistes en forma de huevo
3. Esporogonia: se genera la división asexual dentro del ooquiste después de que haya sido expulsado al medio ambiente (Jacobs, 2015).

#### Ilustración 3

*Ooquistes de Eimeria*



(Serrano, 2010)

### 1.4.3.2 Helmintos

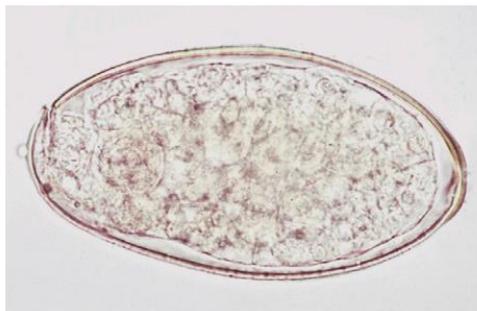
#### 1.4.3.2.1 Trematodos

- *Fasciola Hepática*

Este trematodo puede llegar a medir 3 cm de longitud. Los adultos residen en el hígado del hospedero específicamente en los conductos biliares. Los huevos circulan del hígado al intestino por medio de la bilis y se expulsan en las heces. La primera fase larvaria ocurre cuando los huevos eclosionan en el agua e infectan a un caracol. Dentro del caracol suceden varias fases larvarias, pero luego las larvas abandonan al intermediario y se alojan en plantas que estén cerca del agua para transformarse en quistes. De esta manera los animales que se alimenten de las plantas cerca de charcos o estanques se infectan. Los quistes eclosionan en el intestino delgado, pero atraviesan las paredes intestinales con el fin de llegar al hígado para culminar su ciclo de vida en un conducto biliar. En los cérvidos los grandes gusanos adultos pueden llegar a medir hasta 10 cm de longitud y viven en quistes adheridos a los conductos biliares. Existen pocos reportes de lesiones hepáticas mortales por ingerir muchos quistes en poco tiempo, sin embargo, este parásito reduce la función hepática (Shapiro, 2010).

#### Ilustración 4

*Huevo de Fasciola hepática*



(Hendrix & Robinson, 2012)

#### 1.4.3.2.2 Nematodos

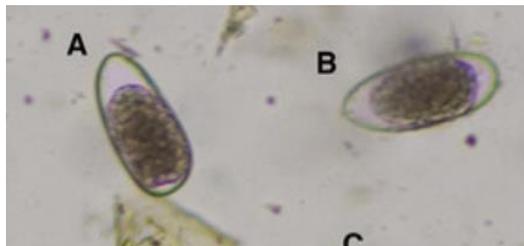
Las principales especies de nematodos que afectan a los ungulados son de la familia *Trichostrongylidae* como *Trichostrongylus* (pelo redondo), *Ostertagia* (en honor a Robert Von Ostergart), y de la familia *Trichinellidae* sobresale *Capillaria spp.* Los trichostrongilos comprenden varios géneros de nematodos que se localizan dentro del abomaso, intestino delgado y grueso. Estos géneros producen huevos ovales de cáscara fina. Su ciclo vital es similar, los parásitos adultos viven en el abomaso e intestinos, donde se alimentan de la sangre del hospedero. La hembra expulsa los huevos al medio ambiente por medio de las heces. Los huevos tienen una longitud de 70 a 120 µm y están compuestos por una mórula que se agrupa de cuatro o más células (**Hendrix & Robinson, 2012**). Las larvas de *Strongyloides* son esbeltas, carecen de vaina y tienen un esófago cilíndrico largo con una cola truncada (**Bowman, 2014**)

- *Trichostrongylus askivali* (Específico en ciervos)

Es un nematodo pequeño que se encuentra en el abomaso de los cérvidos y tiene una longitud de 5 a 8 mm. Es muy probable que las especies de *Trichostrongylus* se confundan con las especies de *Strongyloides* o con las especies más pequeñas de *Cooperia*. Su ciclo de vida es directo, empieza en el abomaso donde los adultos depositan de 50 a 100 huevos diarios y su periodo prepatente dura de 18 a 21 días. Las larvas infecciosas L3 de las especies de *Trichostrongylus* sobreviven al invierno en los pastos, y los rumiantes están expuestos a la infección (**Bowman, 2014**).

El desarrollo en los pastos poder cambiar de una a varias semanas y sobreviven a temperaturas más bajas. Causan daños a nivel del revestimiento del abomaso en los cérvidos y son incapaces de presentar alguna sinología característica (**Flint, 2021**).

**Ilustración 5**  
*Huevos de Trichostrongyloides*

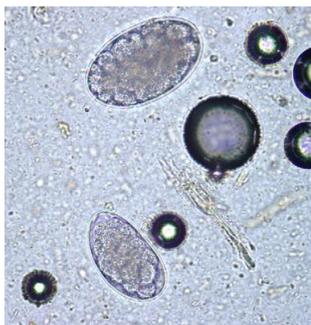


(Ljungström et. Al, 2018)

- *Strongyloides spp*

El ciclo puede ser directo o indirecto sin depender de un hospedador intermediario. Las hembras son capaces de producir huevos con la ausencia de machos gracias a su reproducción asexual (partenogénesis). Los huevos son liberados por las heces del hospedador y pasan a convertirse en L1, para llegar hasta L3 que es la fase infecciosa. Los venados se infectan al ingerir alimentos o agua contaminada por *Strongyloides papillosus* en estadio L3. Existen otras formas de contagio, una de ellas es por transmisión intrauterina o al momento de nacer por consumo de L3. Además, L3 es capaz de infectar al hospedador por medio de la piel, ya que tienen la capacidad de penetrarla. Los principales signos de una estrogiloidosis son pérdida de peso, diarrea, deshidratación y debilidad (Cottingham et. al, 2022).

**Ilustración 6**  
*Huevos de Strongyloides*



(Zajac, 2006)

- ***Capillaria***

En su ciclo *Capillaria* presenta un hospedador intermediario el cual es la lombriz de tierra, este es un hospedador paraténico que no es indispensable para completar el proceso reproductivo. Dependiendo de la presencia de este hospedador el ciclo puede ser directo o indirecto. Al inicio del ciclo, los huevos que no fueron embrionados se excretan por esputos y por las heces. La mayoría son infectantes y pueden ser ingeridos por el hospedador definitivo o por el intermediario. Dentro del huésped los huevos eclosionan en el intestino dando paso a las larvas que son capaces de traspasar la mucosa e ingresar a diferentes órganos para completar su ciclo (**Vivar, 2017**).

### **Ilustración 7**

*Huevos de Capillaria spp*



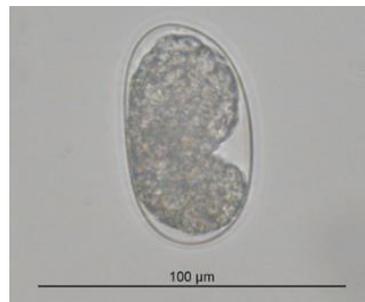
(Hendrix & Robinson, 2012)

- ***Ostertagia***

Son gusanos marrones con una forma esbelta de 7 a 12mm y se ubican en el abomaso de los cérvidos. Su ciclo biológico es directo, las hembras adultas expulsan hasta 5000 huevos al día. Luego los huevos pasan a las heces para eclosionar en L1 y continuar con L2 y L3. En la fase de L3 se dirigen hacia los pastos para ser ingeridos y pasar a

L4 dentro del hospedero. En esta fase se adhieren al revestimiento del abomaso y se toman un tiempo de suspensión para luego convertirse en adultos y terminando con la fase de L5. Su periodo prepatente es de 21 días y se toman de 5 a varias semanas para crecer en los pastos. Sus condiciones climáticas favoritas para desarrollarse fuera del huésped son las cálidas y húmedas. En los venados causan descenso de la ingestión de alimentos y un aumento del pH del abomaso haciéndolo menos ácido provocando un desequilibrio en los microbios que ingresan al abomaso desde el reticulorumen (**Flint, 2021**).

**Ilustración 8**  
*Huevo embrionado de Ostertagia*



**(Drag et. al, 2016)**

#### 1.4.3.2.3 Cestodos

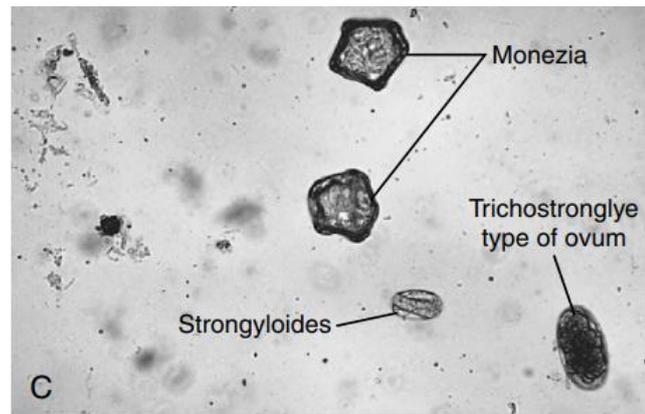
- *Moniezia expansa*

Este cestodo es un gusano en cinta de color blanco ancho, plano y segmentado. Se localiza en el intestino delgado de los cérvidos. Su ciclo biológico es indirecto y empieza con la eliminación de sus segmentos en las heces de sus hospedadores las cuales contienen huevos. Después de un día de ser expulsados los huevos son ingeridos por un intermediario, siendo el más común el ácaro oribátido. En el intermediario los huevos eclosionan y se desarrollan hasta la fase infecciosa. Los ácaros son ingeridos

por el hospedador y estos liberan a la taenia en fase inmadura que se adhiere al hospedador por medio de su ventosa para completar su ciclo en el intestino delgado. La taenia produce algunos segmentos llamados proglótides que van a agrupar a los huevos. Tiene un periodo de prepatencia de 30 a 52 días **(Flint, 2021)**.

### **Ilustración 9**

*Ejemplos representativos de Strongyloides, Trichostrongyle y Monezia*



**(Hendrix & Robinson, 2012)**

#### **1.4.4 Métodos coprológicos**

Existen diferentes métodos de flotación que son cualitativos y cuantitativos que se usan para los exámenes parasitológicos en diferentes especies de animales para la identificación de huevos y ooquistes **(Benavides, 2013)**. Estos métodos consiguen hacer flotar algunos huevos de cestodos y nematodos, pero en menor medida pueden identificar a trematodos y a protozoos **(Bowman, 2014)**. Los factores comparativos en las técnicas de flotación son la viscosidad, el tipo de solución, la gravedad específica de cada solución y la velocidad de la plasmólisis. Una gravedad muy alta puede generar ruptura de las etapas, exceso de residuos, plasmólisis y ósmosis, mientras que,

una gravedad muy baja no permitirá que los huevos y ooquistes floten a la superficie. La gravedad específica en la que flotan la mayoría de parásitos es de 1,2 a 1,3 (**Foreyt, 2001**).

#### **1.4.4.1 Técnica de Sheather**

La técnica más conocida de flotación es la técnica de Sheather que se basa en soluciones saturadas de sacarosa con una gravedad de 1,2. El propósito de la técnica es concentrar, separar y hacer flotar a parásitos como *Isospora spp*, *Toxacara spp*, *Strongyloides* y *Cryptosporidium spp* (**Benavides, 2013**).

#### **1.4.4.2 Técnica de Faust**

El sulfato de zinc es usado al 33% con una gravedad específica de 1,18 menor que en la flotación de Sheather. Este método es superior a la sacarosa porque permite hacer flotar quistes de protozoos y larvas de nematodos sin encogerlos o deformarlos (**Bowman, 2014**).

#### **1.4.4.3 Cámara de McMaster**

La cámara de McMaster es utilizada para el conteo de huevos en parasitología veterinaria a nivel mundial. La Asociación Mundial para el Avance de la Parasitología Veterinaria la recomienda para evaluar la eficacia de los fármacos antihelmínticos en rumiantes (**Sabatini et. al 2023**). Permite evaluar varios métodos en forma cuantitativa con la observación de protozoos y helmintos en las muestras fecales. Garantiza precisión en los resultados ya que cuenta con 2 cámaras de conteo con una capacidad de 2 x 0,15ml en suspensión fecal. Los huevos de los parásitos flotan y se albergan en

la parte inferior de la lámina superior dejando al sedimento en el fondo. Para mejorar la efectividad se recomienda usar una relación de 1 gramo de heces por 15 ml de la solución seleccionada. En animales herbívoros es importante realizar el proceso de centrifugación antes que la visualización de los huevos en la cámara para evitar que los residuos de fibras vegetales se interpongan en la lectura (**Benavides, 2013**).

## **1.5 Objetivos e Hipótesis**

### **1.5.1 Objetivo general**

Identificar parásitos gastrointestinales en venados de cola blanca (*Odocoileus virginianus*) por diferentes métodos coprológicos en el Zoocriadero La casa del Venado- Cayambe

### **1.5.2 Objetivos específicos**

- Determinar los parásitos que se presentan con mayor frecuencia en los venados de cola blanca según la edad de los ejemplares.
- Comparar la presencia de parásitos obtenidos con los métodos de flotación de Faust y Sheather.
- Detallar las características morfológicas de cada parásito identificado en los diferentes muestreos y clasificar según sus respectivas familias.

### **1.5.3 Hipótesis**

Ho: Los métodos de flotación de Sheather y Faust no presentan diferencias para la identificación y conteo de huevos de parásitos en venados.

Hi: Los métodos de flotación de Sheather y Faust presentan diferencias para la identificación y conteo de huevos de parásitos en venados.

## CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

### 2.1 Ubicación del experimento

La presente investigación se realizó en el zoológico “La Casa del Venado”, que se ubica en la Provincia de Pichincha, Cantón Cayambe, Parroquia Cangahua sector de Guáchala en la Panamericana Norte Km 70 (GADIP, 2021).

### 2.2 Características del lugar

**Tabla 2**

*Características geográficas del zoológico la Casa del Venado*

Clima	5° C hasta los 19°C
Coordenadas Geográficas	Latitud S0°00'10,18368" Longitud O78°10'35,86005"
Altitud	2773,331 msnm
Superficie:	332,35 km <sup>2</sup>

Fuente: (GADIP, 2021)

### 2.3 Equipos y Materiales

Equipos

- ✓ Microscopio
- ✓ Centrífuga
- ✓ Balanza

- ✓ Densímetro

#### Materiales de campo

- ✓ Fundas Ziploc
- ✓ Hielera.
- ✓ Mascarilla.
- ✓ Libreta
- ✓ Membretes
- ✓ Guantes
- ✓ Filipino
- ✓ Esferos
- ✓ Bolsas de Hielo

#### Materiales de Laboratorio

- ✓ Portaobjetos
- ✓ Cubreobjetos
- ✓ Pinzas
- ✓ Guantes
- ✓ Probeta
- ✓ Tubos de ensayo
- ✓ Colador.
- ✓ Vasos plásticos
- ✓ Vasos de Precipitación
- ✓ Paletas
- ✓ Gasas
- ✓ Coladores
- ✓ Embudo
- ✓ Mortero y Pistilo
- ✓ Gradilla
- ✓ Palillos

Reactivos

- ✓ Lugol
- ✓ Sulfato de Zinc
- ✓ Agua Destilada
- ✓ Solución Fisiológica
- ✓ Sacarosa

## 2.4 Factores de estudio

### 2.4.1 Selección de la muestra

En el Zoocriadero “La casa el Venado” se cuenta con la presencia de 40 ejemplares por lo que este dato se utilizó como población total para ser aplicado en el cálculo de tamaño de la muestra:

$$n = \frac{NZ^2 S^2}{d^2(N - 1) + Z^2 S^2}$$

Donde:

n= tamaño de la muestra

N= población total

Z= nivel de confianza

S= desviación estándar 86.43

d= precisión absoluta

Para el cálculo:

n= tamaño de la muestra

N= 40

Z= 2.58 equivalente a un nivel de confianza de 99%

S= 0.5

d= 0.05 equivalente a una precisión del 95%

$$n = \frac{(40)(0.5)^2 (2.58)^2}{(0.05)^2(40 - 1) + (0.5)^2 (2.58)^2}$$

$$n = \frac{66.56}{1.76}$$

$$n = 37,81$$

$$n = 38$$

- Crías (hasta 4 meses) 6
- Jóvenes (hasta el año) 16
- Adultos 16

## 2.5 Manejo del Experimento

### 2.5.1 Obtención y Transporte de las muestras

Las heces se deben analizar inmediatamente de recolectar la muestra. En el caso de los animales silvestres la sujeción del animal se imposibilita por lo cual se debe trabajar con heces recolectadas del suelo luego de la deposición. Las muestras pueden almacenarse en bolsas plásticas o recipientes herméticos para evitar que las heces se vuelvan secas y estas deben tener su respectiva rotulación. Para procesar las muestras se pueden utilizar 2 métodos: el primero es por refrigeración quitando el exceso de aire de los recipientes para que la muestra dure hasta 5 días y el segundo es fijar las heces con formol al 10% (**Benavidez, 2013**). Las muestras fueron recolectadas y transportadas en una hielera para ser procesadas en los laboratorios de la Universidad Técnica de Ambato.

## 2.5.2 Métodos

### Método de Flotación de Faust

- Mezclar 2 g de heces con 8 - 10 mL de agua destilada en un tubo de ensayo y centrifugar a 3 000 RPM durante 3 minutos.
- Eliminar el líquido restante del tubo centrifugado. Agregar 2 - 3 mL de agua y volver a centrifugar. Repetir 3 - 4 veces este proceso hasta ganar un líquido sobrenadante claro.
- Luego añadir 3 - 4 mL de solución de zinc al 33,3%, y centrifugar durante 2 - 5 minutos a 3 000 RPM.
- En una gradilla colocar el tubo con sulfato de zinc hasta el borde y cubrir con un cubreobjetos. Esperar 15 minutos para sacar la muestra sobre un portaobjetos con una gota de Lugol para observar en el microscopio con objetivos de 10x y 40x (**Jiménez, 2019**).

### Flotación por Sheather o Azucarada

En un vaso precipitado calentar agua en la estufa sin que hierva. Retirar de la estufa y mezclar 454 gramos de azúcar por cada 355 ml de agua destilada.

Mezclar hasta diluir y con el densímetro medir la gravedad específica que debe estar entre 1,2 a 1,25 (**Hendrix & Robinson, 2012**).

Proceso

- Mezclar 1 gr de heces en un mortero con agua hasta crear una dilución semisólida.
- En un segundo vaso añadir la mezcla con 30 ml del medio de flotación azucarado removiendo con una paleta o varilla de agitación.
- Filtrar la solución en otro vaso con la ayuda de coladores y pasar a un tubo de ensayo.

- Dejar reposar la solución de 10 a 20 minutos y luego con ayuda de una pipeta colocar sobre la cámara de Mc master (**Hendrix & Robinson, 2012**).

### **Cámara de McMaster**

- Utilizar el sedimento de cualquier solución de flotación (solución azucarada o de Faust).
- Añadir 4ml a la cámara con la ayuda de una Pipeta.
- Rellenar la cámara McMaster con cuidado tratando de no crear burbujas.
- Dejar en reposo de 3 a 5 minutos para generar la flotación de los huevos (**Serrano, 2010**).

## **2.6 Análisis estadístico**

El presente proyecto es un estudio estadístico observacional descriptivo cualitativo y cuantitativo el cual permitirá conocer el parásito que se presenta con mayor frecuencia y el método que más los identificó. Se recolectó los datos en Excel de los 3 muestreos.

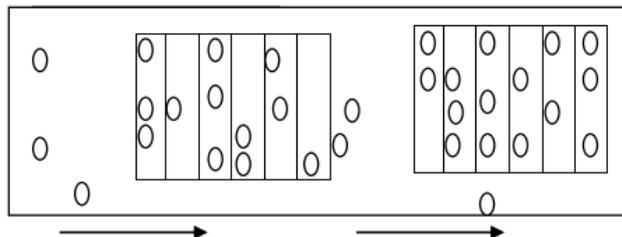
Para calcular el número de huevos por gramo se calculará de la siguiente manera:

- $A = \#$  de huevos en la primera cámara
- $B = \#$  de huevos en la segunda cámara
- H. p. g = huevos por gramo de heces

$$h.p.g = (A + B) \times 50$$

- Por ejemplo:

**Ilustración 10**  
*Conteo en cámara de McMaster*



Fuente: **Paredes (2014)**

En la primera cámara hay 12 huevos, mientras que en la segunda hay 15

Aplicando la fórmula

$$= (12+15) \times 50$$

$$= 1350 \text{ H.p.g. } \mathbf{Paredes (2014)}$$

Para determinar la frecuencia:

$$\text{Frecuencia} = \frac{\# \text{ de animales parasitados por determinado parásito} \times 100}{\# \text{ de animales parasitados}}$$

**Sibaja (2006)**

Para hacer la comparación de los métodos coprológicos se realizó pruebas estadísticas cuantitativas en cada método de flotación por medio de la prueba de Test student para muestras pareadas en los diferentes muestreos.

## 2.7 Variable respuesta

Edad

- Porcentaje de parásitos en crías (hasta 4 meses)
- Porcentaje de parásitos en jóvenes (hasta el año)
- Porcentaje de parásitos en adultos
- H.p.g. hasta 4 meses

- H.p.g. en jóvenes hasta el año
- H.p.g. en adultos

Presencia de parásitos por Método

- Flotación de Faust
- Flotación de Sheather

## CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 3.1 Análisis y Discusión de los resultados

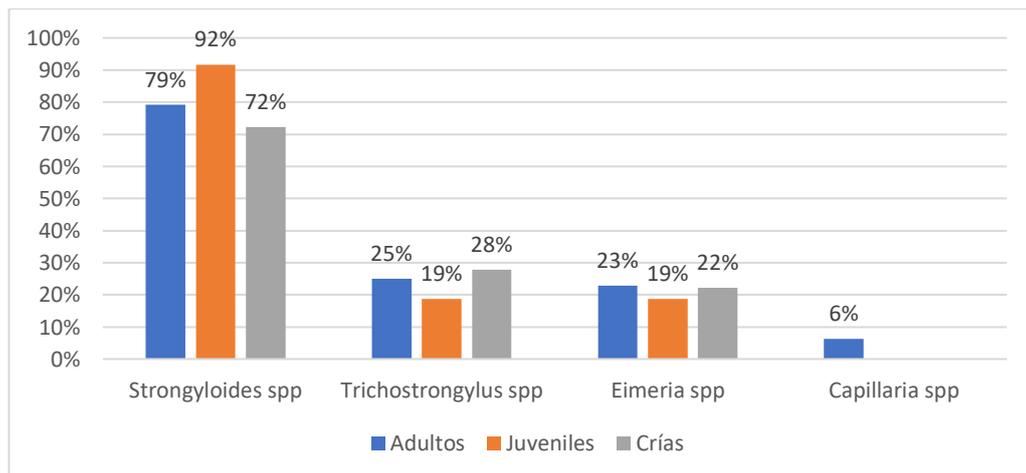
El estudio de campo fue realizado en 7 semanas, donde se recolectaron muestras de 38 venados en 3 diferentes muestreos con la separación de 21 días entre sí.

#### 3.1.1 Frecuencias

Se encontró una variedad de helmintos y protozoarios en las 38 muestras procesadas.

#### Gráfico 1

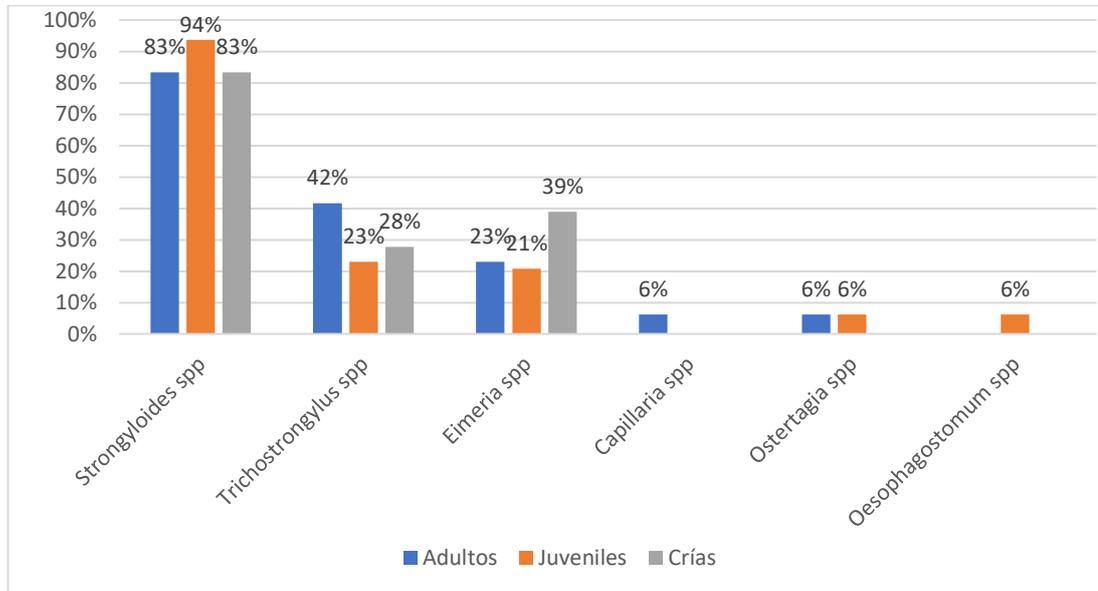
*Promedio de parásitos en el método de Sheather*



Elaborado por: Amanda Herrera

## Gráfico 2

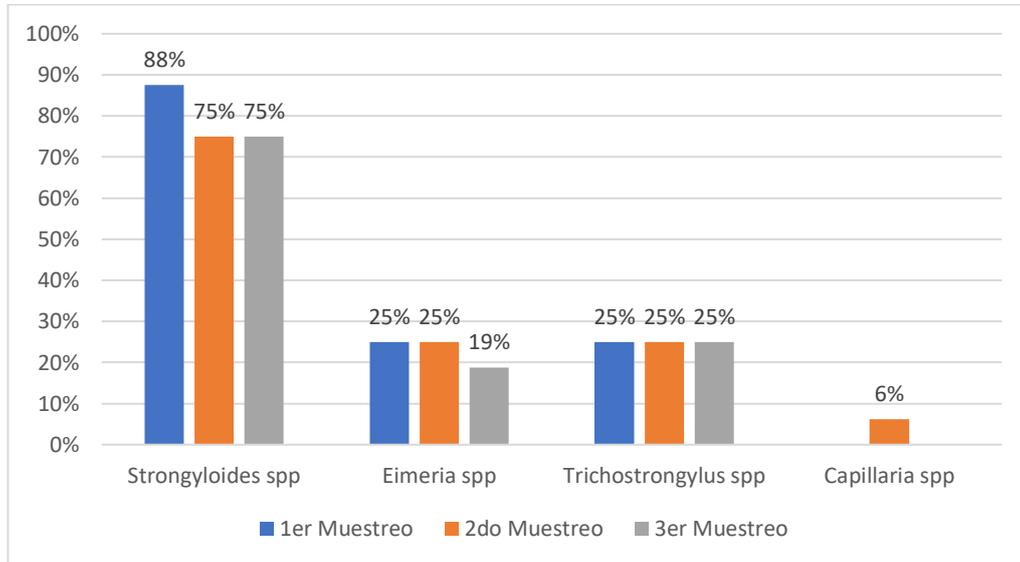
Promedio de parásitos en el método de faust



Elaborado por: Amanda Herrera

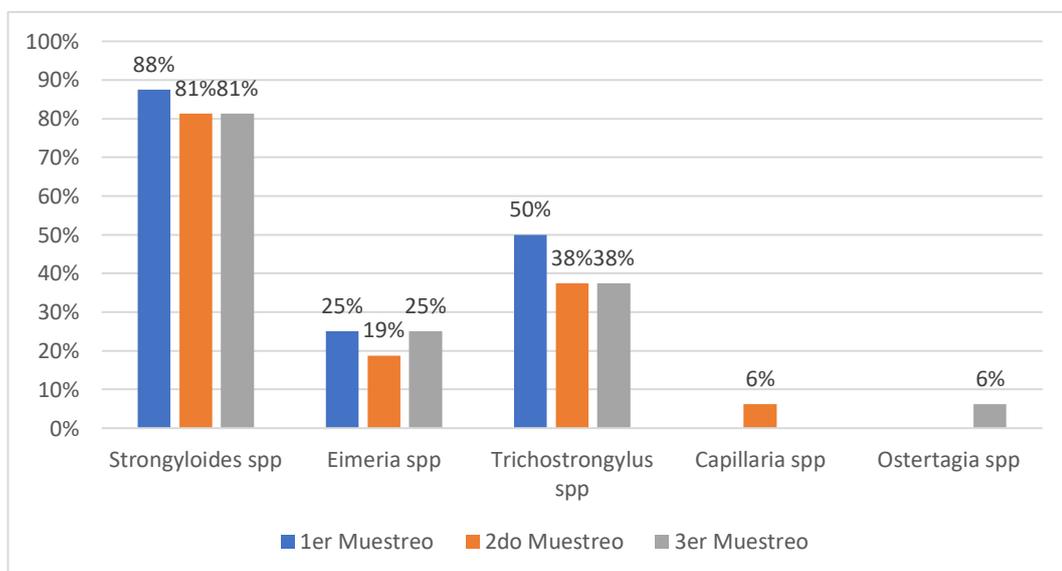
Los helmintos identificados son los siguientes nemátodos: *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp* y *Capillaria spp*. Y en cuanto a los protozoarios se encontró únicamente a *Eimeria spp*. El parásito que se presentó con mayor frecuencia en las 3 categorías de adultos, juveniles y crías fue *Strongyloides spp*. Estos resultados no concuerdan con la investigación de **Guale (2021)** en donde manifiesta que los principales parásitos gastrointestinales obtenidos de las muestras de los ejemplares de *Odocoileus virginianus* en la ciudad de Santa Elena son los nematodos (*Toxocara vituroolum*, *Cooperia spp*, *Strongyloides spp* y *Haemonchus spp*), cestodos (*Moniezia spp*) y protozoos (*Eimeria spp* y *Giardia spp*) siendo *Moniezia spp* el parásito con mayor frecuencia en este grupo de venados, no obstante los resultados tendrían mayor coincidencia con la investigación de **Mukul et al. (2014)** donde nos indican que los nematodos (*Capillaria spp*, *Trichuris spp*, *Mammomonogamus spp* y *Strongyloides spp*) y coccidias (*Eimeria spp*) fueron encontrados en los venados de cautiverio con más prevalencia del parásito *Strongyloides spp*.

**Gráfico 3**  
*Categoría adultos flotación de sheather*



Elaborado por: Amanda Herrera

**Gráfico 4**  
*Categoría adultos flotación de faust*

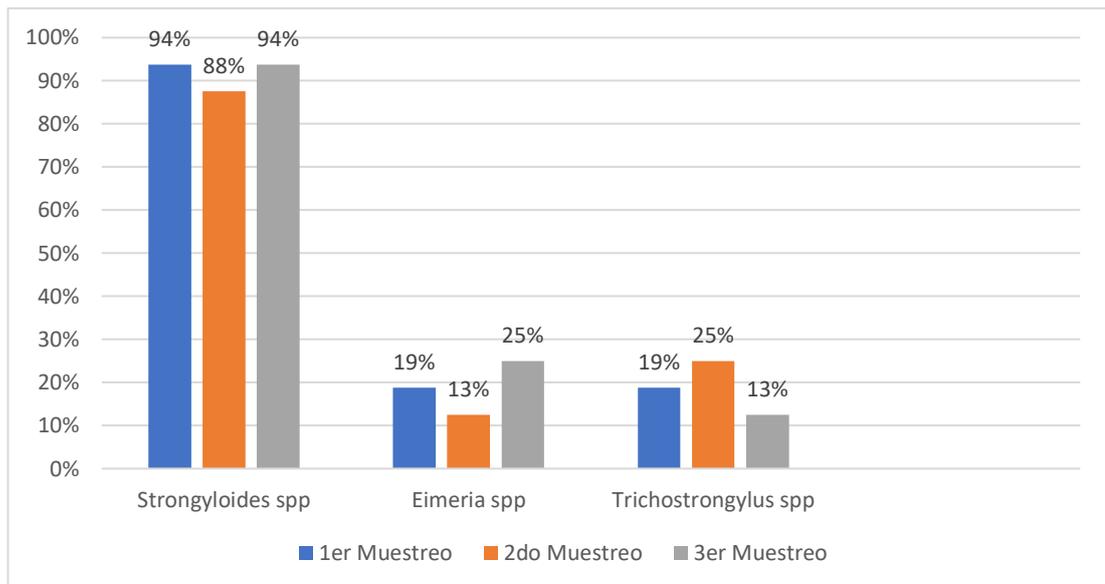


Elaborado por: Amanda Herrera

En los 2 gráficos en la categoría adultos se puede identificar que el parásito que se presenta con mayor frecuencia con un 88% es el nemátodo *Strongyloides spp*, sin embargo, se evidencia la presencia de otros 3 nemátodos *Trichostrongylus spp*, *Capillaria spp* y *Ostertagia spp*; y el protozoo *Eimeria spp*. Además, existe una diferencia significativa en el porcentaje encontrado en los 3 muestreos del nemátodo *Trichostrongylus spp* dando como resultado al mayor porcentaje de este parásito con el 50% en el método de Faust y 25% en el método de Sheather. Según **Beaumelle et. al (2021)** en su investigación de nemátodos gastrointestinales en dos poblaciones de ciervos salvajes determina que la edad es un factor importante para la cantidad de carga parasitaria en el parásito *Trichostrongylus spp* proporcionado por los mecanismos de supervivencia y la respuesta inmunitaria que presente el organismo del hospedador. Sin embargo, los porcentajes de este estudio le atribuimos a la eficacia del método de flotación de Faust por su solución de sulfato de Zinc como en el estudio de **Aboagye et. al (2019)** los cuales evidenciaron que el parásito con mayor prevalencia en 4 artiodáctilos era *Trichostrongylus spp*.

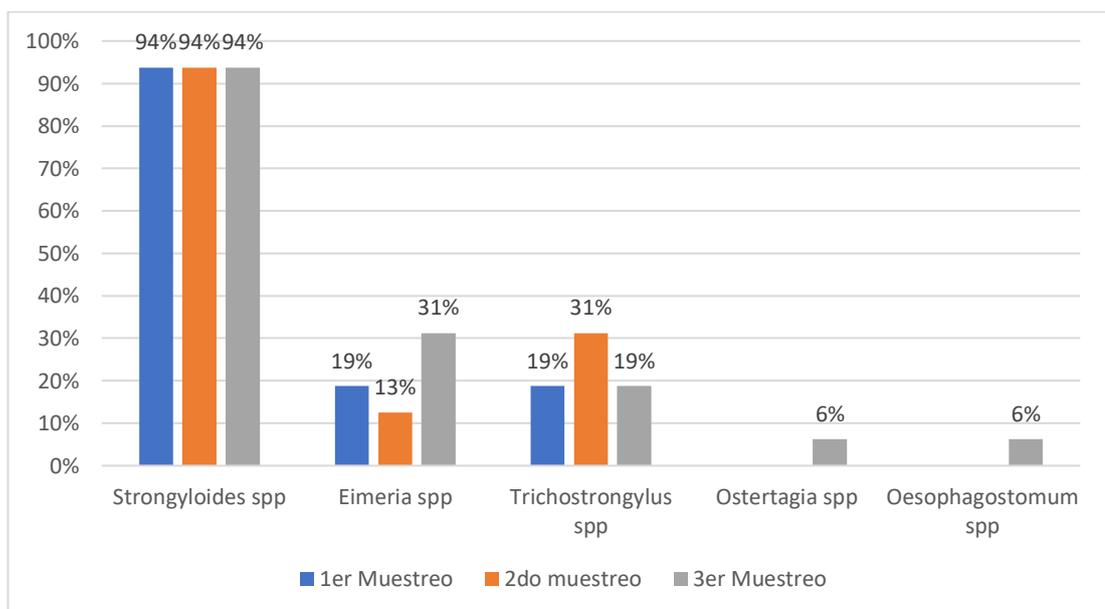
En un estudio realizado por **Mir et.al (2016)** se procesaron 31 muestras fecales de ciervos de las cuales solo 20 salieron positivas a 6 diferentes tipos de parásitos de los cuales solo se presentó *Capillaria* en un 10% debido que su periodo prepatente es de 6 a 12 semanas, esto se relaciona con los datos obtenidos en la presente investigación.

**Gráfico 5**  
*Categoría juveniles flotación de sheather*



Elaborado por: Amanda Herrera

**Gráfico 6**  
*Categoría juveniles flotación de faust*

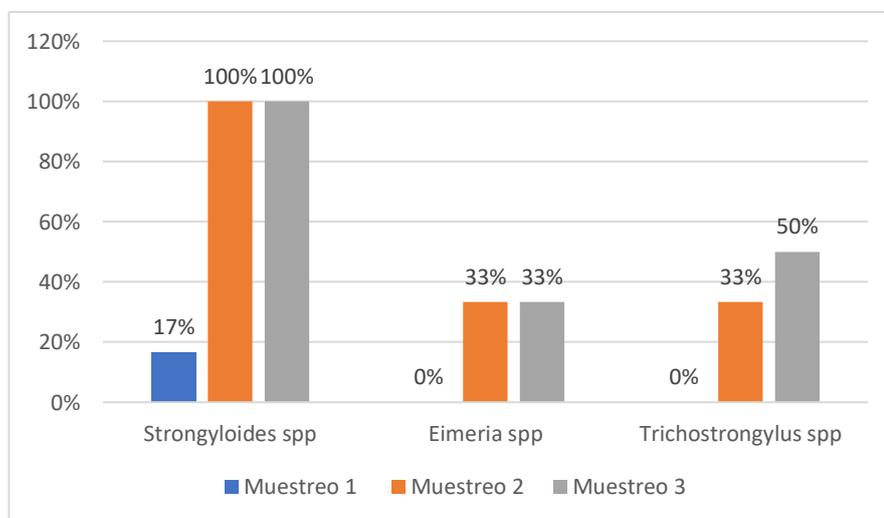


Elaborado por: Amanda Herrera

En los 2 gráficos en la categoría juveniles se puede identificar que el parásito que se presenta con mayor frecuencia con un 94% es el nemátodo *Strongyloides spp*, sin embargo, se evidencia la presencia de otros 2 nemátodos *Oesophagostomum spp* 6% y *Ostertagia spp* 6% en el método de flotación de Faust. Según **Roerber & Gasser (2013)** el periodo prepatente de *Ostertagia spp* es de aproximadamente 3 semanas (21 días) y la vida de los gusanos adultos es de sólo unos meses a comparación de *Oesophagostomum spp* con un periodo prepatente de 40 a 45 días. Por otro lado, nos indican que estos parásitos son de baja susceptibilidad al frío y pueden sobrevivir en condiciones de invierno. Esto no concuerda con los resultados obtenidos ya que las muestras fueron recogidas en épocas de invierno y los 2 parásitos solo se observan en el tercer muestreo con un porcentaje del 6%, no obstante, en la investigación de **Sarkunas et. al (2007)** demostraron que *Oesophagostomum spp* y *Ostertagia spp* pierden bastante carga parasitaria en épocas de invierno desde septiembre a enero, puesto que no son capaces de sobrevivir en bajas temperaturas.

### Gráfico 7

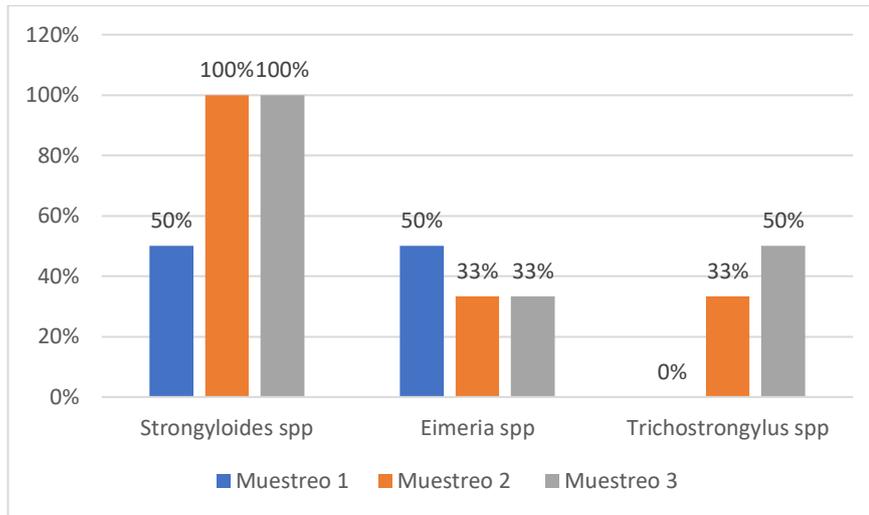
*Categoría crías flotación de sheather*



Elaborado por: Amanda Herrera

## Gráfico 8

### Categoría flotación de faust



Elaborado por: Amanda Herrera

En los 2 gráficos en la categoría crías se puede identificar que el parásito que se presenta con mayor frecuencia es el nemátodo *Strongyloides spp*. Existe una diferencia significativa en los porcentajes, en el primer muestreo está presente en un 50% a comparación del segundo y tercer muestreo. Esto le atribuimos a que las crías se encontraban aisladas del resto de ciervos y solo tenían contacto con las madres en sus primeras semanas de vida. Desde el segundo muestreo observamos que las crías ya se encontraban en contacto con los demás venados del zocriadero. Los resultados concuerdan con **Cottingham et. al (2022)** que nos mencionan que los ciervos pueden contagiarse con *Strongyloides spp* al ingerir alimentos o agua contaminados con L3, además, los cervatillos pueden estar infectados desde antes de nacer por medio de transmisión intrauterina de las hembras gestantes.

### 3.2 Verificación de Hipótesis

Se realizó una comparación de los 2 métodos de flotación utilizados en la investigación con la ayuda de la prueba de test student. Los parásitos evaluados con los 2 métodos en esta técnica fueron *Strongyloides spp*, *Eimeria spp*, *Trichostrongylus spp* debido a que presentaron la mayor cantidad de huevos a comparación de *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp* y *Capillaria spp* que solo se presentaron en un método o solo se identificaron en una sola muestra.

**Tabla 3**

*Pruebas de t student*

<b>Prueba t Primer Muestreo <i>Strongyloides spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	32	-5,5	2
<b>Prueba t Segundo Muestreo <i>Strongyloides spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	33	-1,8	2
<b>Prueba t Tercer Muestreo <i>Strongyloides spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	34	-3	2
<b>Prueba t Primer Muestreo <i>Trichostrongylus spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	11	-2,14	2,23
<b>Prueba t Segundo Muestreo <i>Trichostrongylus spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	13	-3,12	2,18
<b>Prueba t Tercer Muestreo <i>Trichostrongylus spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	12	-2,11	2,2
<b>Prueba t Primer Muestreo <i>Eimeria spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t

Flotación Sheather			
Flotación Faust	10	-2,75	2,26
<b>Prueba t Segundo Muestreo <i>Eimeria spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	8	-2,39	2,36
<b>Prueba t Tercer Muestreo <i>Eimeria spp</i></b>			
Variables	N	Estadístico t	Valor Crítico t
Flotación Sheather			
Flotación Faust	11	-1,11	2,23

Elaborado por: Amanda Herrera

De las 9 pruebas t student realizadas de los parásitos *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus spp* y *Eimeria spp* 5 rechazan la hipótesis nula debido a que el valor estadístico t es mayor al valor crítico de t lo que significa que si ubicamos los valores en la región de aceptación de la hipótesis nula el valor estadístico no entraría y se rechazaría automáticamente la hipótesis nula. Esta hipótesis plantea que los métodos de flotación de Sheather y Faust no presentan diferencias para la identificación y conteo de huevos de parásitos en venados. Por los resultados obtenidos se acepta la hipótesis alternativa, demostrando que existe una diferencia en cada uno de los métodos. Además, en el método de Faust se identificó a 6 grupos de parásitos: *Strongyloides spp*, *Eimeria spp*, *Trichostrongylus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp* y *Capillaria spp*; por otro lado, en el método de Sheather solo se identificó 5 grupos de parásitos *Strongyloides spp*, *Eimeria spp*, *Ostertagia spp*, *Trichostrongylus spp*, y *Capillaria spp*.

Con el conteo realizado en la cámara de McMaster y la prueba t student se evidenció que el método de Faust es más efectivo al ser más sensible a la identificación de huevos por su capacidad de conservar cada estructura y por brindar muestras con menor sedimento. Los resultados coinciden con la investigación de **Pouillevet et. al (2017)** en la cual compararon 4 métodos para la identificación de parásitos en mandriles: uno de sedimentación y 3 métodos en McMaster con azúcar, sulfato de zinc y sal. Los resultados expresaron que la flotación de Faust permite recuperar un mayor número de taxones de parásitos en comparación con los otros métodos, proporcionando mayor visibilidad de nematodos y protozoos grandes. Sin embargo, **Barbosa et. al (2016)** en

su artículo menciona que las técnicas de flotación de Faust y Sheather no presentaron una buena recuperación de los taxones de parásitos a comparación del método directo.

### 3.3 Características Morfológicas de los parásitos

**Tabla 4**

*Características de los parásitos encontrados en las heces de venado*

PARÁSITO	CLASIFICACIÓN	PRESENTACIÓN	CARACTERÍSTICAS	MÉTODO
 <p><i>Strongyloide spp</i></p>	Nemátodo	Huevo en estadio de larva	Periodo prepatente: 2 semanas Localización: Intestino delgado Tamaño: 9mm x0,12 mm Hembra: pequeñas, cuerpo delgado, incoloro, abertura bucal pequeña. Genitales tubulares ubicados en el último tercio del cuerpo	Flotación de Faust
	Nemátodo	Huevo	Periodo prepatente: 1 mes y medio Localización: colon y ciego Morfología: de color marfileño con un	Flotación de Faust

<i>Oesophagostomum spp.</i>			cuerpo grueso y ondulado, posee en el extremo superior coronas y collar bucal.	
 <i>Trichostrongylus spp</i>	Nemátodo	Estadio de huevo larvado	Periodo prepatente: 3 semanas Localización: intestino delgado o abomaso Morfología: de color pardo rojizo, son capilariformes Macho: cono genital simple Hembra: acabado en punta, útero anfidelfo	Flotación de Sheather
 <i>Ostertagia spp</i>	Nemátodo	Huevo	Periodo prepatente: 3 semanas Ubicación: Abomaso Descripción: Los adultos son gusanos pequeños, delgados, de color marrón rojizo con una cavidad bucal corta y poco pronunciada. Los machos miden 6-8 mm y las hembras 8-11 mm de longitud.	Flotación de Faust
 <i>Capillaria spp</i>	Nemátodo	Huevo	Periodo prepatente: 6 a 12 semanas Forma: de limón o pelota de rugby con 2 opérculos	Flotación de Sheather

			<p>sobresalientes.</p> <p>Transparentes, con cápsula gruesa y superficie áspera.</p> <p>Tamaño: 65,3 x 35,2 <math>\mu\text{m}</math></p> <p>Localización: Intestino delgado</p>	
 <p><i>Eimeria spp</i></p>	<p>Protozoario Apicomplexa</p>	<p>Ooquiste sin esporular</p>	<p>Periodo prepatente: 6 a 21 días</p> <p>Forma: esférico, subesférico, ovoide o elipsoidal. Contienen una cápsula micro capilar.</p> <p>Tamaño: (1-67 x 10-35 <math>\mu\text{m}</math>)</p> <p>Localización: Intestino delgado y grueso</p>	<p>Flotación de Faust</p>

(Valcárcel, 2009)

## CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 4.1 Conclusiones

- Se determinó que los parásitos que se presentan con mayor frecuencia en los 38 venados de cola blanca del zocriadero La casa del Venado son los nemátodos *Strongyloides spp*, *Capillaria spp*, *Trichostrongylus spp*, *Ostertagia spp*, *Oesophagostomum spp* y el protozoo *Eimeria spp*. Siendo *Strongyloides spp* el parásito que presentó mayor porcentaje en las 3 categorías de adultos, crías y juveniles.
- Se comparó los 2 métodos de flotación utilizados en la investigación con la ayuda de las tablas de frecuencias y la prueba de test student. En el método de Faust se identificó a 6 grupos de parásitos y en el método de Sheather solo se identificó 5 grupos de parásitos. Además, las 9 pruebas t student realizadas de los parásitos *Strongyloides spp*, *Trichostrongylus spp* y *Eimeria spp* demostraron que existe diferencia en cada uno de los métodos y que el método con mayor efectividad para encontrar más cantidad de huevos y parásitos gastrointestinales es el método de Faust.
- Se detalló las características morfológicas de cada parásito desde su forma, color, localización, tamaño, su presentación, periodo prepatente y su clasificación. Con esto analizamos que el periodo prepatente más largo es de un mes y medio perteneciente a *Oesophagostomum spp*.

## 4.2 Recomendaciones

- ✓ Antes de establecer tratamientos antiparasitarios se debe realizar un seguimiento a largo plazo de la carga parasitaria por medio de métodos cuantitativos como el de Faust que pueden servir hasta 2 semanas después del primer recuento con el fin de indicar si existe resistencia a los antihelmínticos y por esto se genera la parasitosis.
- ✓ Mantener los protocolos de cuarentena en animales nuevos que ingresen al zoológico junto con diferentes manejos para evitar el contagio de parásitos a otros ejemplares.

## MATERIALES DE REFERENCIA

### Referencias Bibliográficas

- Aboagye, Isaac & Obimpeh, M & Ansa-Tuah, A & Owusu, Erasmus. (2019). Wildlife Species as Potential Sources of Human Exposure to Parasitic Pathogens in Accra, Ghana. *West African Journal of Applied Ecology*. 27. 150-159
- Alarcón Zapata, M. A., Romero Salas D., Ojeda Chi, M. M., Chaparro Gutiérrez, J., & Serrano Solis, A. (2023). Parásitos gastrointestinales en ungulados silvestres del Norte de Veracruz. *Revista Biológico Agropecuaria Tuxpan*, 10(2), 202–211. <https://doi.org/10.47808/revistabioagro.v10i2.444>
- Azevedo, N. Oliveira, M., Y Duarte, J. (2021). Guia ilustrado dos cervídeos brasileiros. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Mastozoologia, 41 <https://doi.org/10.32673/9788563705037>.
- Barbanti, J., Vogliotti, A., Zanetti, E., Oliveira, M., Tiepolo, L., Figueiredo, L., & Bonjorne, L. (2012). *Odocoileus virginianus* Zimmermann, 1780, no Brasil. *Biodiversidade Brasileira Ano II, Nº 3*, 15-19. Recuperado de: [https://www.researchgate.net/profile/Jose-Duarte-7/publication/259685954\\_Avaliacao\\_do\\_risco\\_de\\_extincao\\_de\\_Odocoileus\\_virginianus/links/56ca0d3a08ae11063709b2b8/Avaliacao-do-risco-de-extincao-de-Odocoileus-virginianus.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Jose-Duarte-7/publication/259685954_Avaliacao_do_risco_de_extincao_de_Odocoileus_virginianus/links/56ca0d3a08ae11063709b2b8/Avaliacao-do-risco-de-extincao-de-Odocoileus-virginianus.pdf)
- Barbosa, A. da S., Bastos, O. M. P., Uchôa, C. M. A., Pissinatti, A., Bastos, A. C. M. P., Souza, I. V. de, Amendoeira, M. R. R. (2016). Comparison of five parasitological techniques for laboratory diagnosis of *Balantidium coli* cysts. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25(3), 286–292. doi:10.1590/s1984-29612016044

- Barmon, B., Begum, N., Labony, S., Kundu, U., Dey, A., & Dey, T. (2014). Study of Gastrointestinal Parasites of Deer at Char Kukri Mukri in Bhola District. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*, 12(1), 27–33. doi:10.3329/bjvm.v12i1.20460
- Beaumelle, C., Redman, E.M., de Rijke, J. *et al.* (2021). Metabarcoding in two isolated populations of wild roe deer (*Capreolus capreolus*) reveals variation in gastrointestinal nematode community composition between regions and among age classes. *Parasites Vectors* **14**, 594. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-05087-5>
- Benavides, E. (2013). Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria. Editor: Universidad de la Salle. ISBN 9585136368, 9789585136366 N.º de páginas 116 páginas. <https://elibro.net/es/ereader/uta/221572?page=41>
- Bowman, D. (2014). GEORGIS' PARASITOLOGY FOR VETERINARIANS. 10TH EDITION. ISBN: 978-1-4557-4006-2
- Cossío-Bayúgar, A., Romero, E., Gallina, S., Suzán, G., & Ibáñez-Bernal, S. (2015). Variation of Gastrointestinal Parasites In Mule Deer and Cattle In Mapimí Biosphere Reserve, Mexico. *The Southwestern Naturalist*, 60(2-3), 180–185. doi:10.1894/tal-74.1
- Cottingham, S. L., Walden, H. D., Wisely, S. M., & Campos-Krauer, J. M. (2022). Gastrointestinal Parasites of Farmed White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*) in Florida: WEC453/UW498, 10/2022. EDIS, 2022(5). <https://doi.org/10.32473/edis-uw498-2022>
- D'Cruze, N., Galarza, F. E. R., Broche, O., El Bizri, H. R., Megson, S., Elwin, A., Megson, D. (2021). Characterizing trade at the largest wildlife market of Amazonian Peru. *Global Ecology and Conservation*, 28, e01631. doi:10.1016/j.gecco.2021.e01631

- Davidson, R. K., Kutz, S. J., Madslie, K., Hoberg, E., & Handeland, K. (2014). Gastrointestinal parasites in an isolated Norwegian population of wild red deer (*Cervus elaphus*). *Acta Veterinaria Scandinavica*, 56(1). doi:10.1186/s13028-014-0059-x
- Drag, M., Höglund, J., Nejsum, P., Thamsborg, S. M., & Enemark, H. L. (2016). The level of embryonation influences detection of *Ostertagia ostertagi* eggs by semi-quantitative PCR. *Parasites & Vectors*, 9(1). doi:10.1186/s13071-016-1657-4
- Fletcher, J. (2013). *Deer*. Reaktion Books, Limited. ProQuest Ebook Central, <https://ebookcentral.proquest.com/lib/uta-ebooks/detail.action?docID=1498680>.
- Flint, P. (2021). *Deer Parasite Management: Information Booklet*. Deer Industry New Zealand, NZ Deer Farmers Association.
- Foreyt, W. (2001). *Veterinary Parasitology Reference Manual*. Fifth edition, Iowa State University Press. ISBN 0-8138-2419-2
- Fox, M. T. (1997). Pathophysiology of infection with gastrointestinal nematodes in domestic ruminants: recent developments. *Veterinary Parasitology*, 72(3-4), 285–308. doi:10.1016/s0304-4017(97)00102-7
- GADIP. (2021). RED GEODÉSICA DEL CANTÓN CAYAMBE. Consultado el 27/9/2022 en: [https://municipiocayambe.gob.ec/images/ley\\_transparencia/Geodesica/CANGAH\\_UA/V061YV062.pdf](https://municipiocayambe.gob.ec/images/ley_transparencia/Geodesica/CANGAH_UA/V061YV062.pdf)
- Gill, R. (2000). The impact of deer on woodland biodiversity. Forestry Commission, Information Note. 36. Recuperate of: [https://www.researchgate.net/publication/316521383\\_The\\_impact\\_of\\_deer\\_on\\_woodland\\_biodiversity](https://www.researchgate.net/publication/316521383_The_impact_of_deer_on_woodland_biodiversity)

- Guale, F. (2021). IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN BOSQUE DESIDUOS DE TIERRAS BAJAS DE COLONCHE - SANTA ELENA. Universidad Estatal Península de Santa Elena. Disponible en: <https://repositorio.upse.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/46000/6413/UPSE-TIA-2021-0038.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Haigh, J., Mackintosh, C., & Griffin, F. (2002). Viral, parasitic and prion diseases of farmed deer and bison. *Revue Scientifique et Technique* (International Office of Epizootics). Aug;21(2):219-248. DOI: 10.20506/rst.21.2.1331. PMID: 11974612.
- Harris, S. and Yalden, D.W. eds. (2008) *Mammals of the British Isles*. 4th ed. Mammal Society.
- Hatter, I., Dielman, P & Kuzyk, G. (2000). White-tailed deer in British Columbia. British Columbia Ministry of Environment. Lands and Parks, p. 6. Recuperado de: <https://www.env.gov.bc.ca/wld/documents/whttail.pdf>
- Hendrix, C. & Robinson, E. (2012). *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians*. Elsevier Gezondheidszorg.
- Hewitt, D. (2015). Hunters and the conservation and management of white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*), *International Journal of Environmental Studies*, 72:5, 839-849, DOI: 10.1080/00207233.2015.1073473
- Hewitt, D.G. (Ed.). (2011). *Biology and Management of White-tailed Deer* (1st ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781482295986>
- Hinojosa-Sáez, A., Pérez S, M., López R, R., Rubilar C, L., Llanos-Soto, S., & González-Acuña, D. (2019). Diagnosis of parasites in huemul (*Hippocamelus bisulcus*) feces from south and central Chile. *Revista MVZ Córdoba*, 24(2), 7268-7272. <https://doi.org//10.21897/rmvz.1389>

- Jacobs, D. (2015). Principles of veterinary parasitology. John Wiley & Sons, Incorporated. ProQuest Ebook Central, <https://ebookcentral.proquest.com/lib/uta-ebooks/detail.action?docID=7104315>.
- Jiménez, J. (2019). PARASITOLOGIA GUIA DE PRACTICA. Facultad de Medicina. Lima- Perú II Disponible en: [https://www.academia.edu/36148428/FACULTAD\\_DE\\_MEDICINA\\_HUMAN\\_A\\_DEPARTAMENTO\\_ACAD%3%89MICO\\_DE\\_CIENCIAS\\_B%3%81SICAS\\_GUIA\\_PR%3%81CTICA\\_DE\\_PARASITOLOG%3%8DA\\_LIMA\\_PER%3%9A\\_2016\\_II](https://www.academia.edu/36148428/FACULTAD_DE_MEDICINA_HUMAN_A_DEPARTAMENTO_ACAD%3%89MICO_DE_CIENCIAS_B%3%81SICAS_GUIA_PR%3%81CTICA_DE_PARASITOLOG%3%8DA_LIMA_PER%3%9A_2016_II)
- Ljungström, S., Melville, L., Skuce, P. J., & Höglund, J. (2018). Comparison of Four Diagnostic Methods for Detection and Relative Quantification of *Haemonchus contortus* Eggs in Feces Samples. *Frontiers in Veterinary Science*, 4. doi:10.3389/fvets.2017.00239
- Lloyd-Smith, J. O., George, D., Pepin, K. M., Pitzer, V. E., Pulliam, J. R., Dobson, A. P., Grenfell, B. T. (2009). Epidemic dynamics at the human-animal interface. *Science*, 326, 1362–1367. <https://doi.org/10.1126/science.1177345>
- López, H., Ortega, S., Mandujano, S., Villarreal, J., Molina, M., & Correa, V. (2011). *Managing White-Tailed Deer: Latin America*.
- Mir, A. Q., Dua, K., Singla, L. D., Sharma, S., & Singh, M. P. (2016). Prevalence of parasitic infection in captive wild animals in Bir Moti Bagh mini zoo (Deer Park), Patiala, Punjab. *Veterinary World*, 9(6), 540–543. doi:10.14202/vetworld.2016.540-543
- Montes Pérez, Rubén C., Rodríguez Vivas, Roger I., Torres Acosta, Juan Felipe de J., & Ek Pech, Lucy G. (1998). Seguimiento anual de la parasitosis gastrointestinal de venados cola blanca *Odocoileus virginianus* (Artiodactyla: Cervidae) en cautiverio

en Yucatán, México. *Revista de Biología Tropical*, 46(3), 821-827.  
<https://doi.org/10.15517/rbt.v46i3.20467>

Mukul-Yerves, José Manuel, & Rodríguez-Vivas, Roger Iván, & Torres-Acosta, Juan Felipe, & Zapata-Escobedo, María del Rosario, & Montes-Pérez, Rubén Cornelio (2014). Parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de ungulados silvestres en condiciones de vida libre y cautiverio en el trópico mexicano. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 5(4),459-469. ISSN: 2007-1124. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=265632520006>

Paredes, C. (2014). INCIDENCIA PARASITARIA GASTROINTESTINAL EN LA GANADERÍA LECHERA EN LA HACIENDA "MONTE CARMELO" SECTOR URBINA PROVINCIA CHIMBORAZO [Tesis]. Universidad Técnica de Ambato. Disponible en. <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/7029/1/Tesis%2013%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20230.pdf>

Pouillevet, H., Dibakou, S.-E., Ngoubangoye, B., Poirotte, C., & Charpentier, M. J. E. (2017). A Comparative Study of Four Methods for the Detection of Nematode Eggs and Large Protozoan Cysts in Mandrill Faecal Material. *Folia Primatologica*, 88(4), 344–357. doi:10.1159/000480233

Roeber, F., Jex, A. R., & Gasser, R. B. (2013). Impact of gastrointestinal parasitic nematodes of sheep, and the role of advanced molecular tools for exploring epidemiology and drug resistance - an Australian perspective. *Parasites & vectors*, 6, 153. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-153>

Sabatini, G.A., de Almeida Borges, F., Claerebout, E. et al. (2023). Practical guide to the diagnostics of ruminant gastrointestinal nematodes, liver fluke and lungworm

infection: interpretation and usability of results. *Parasites Vectors* 16, 58  
<https://doi.org/10.1186/s13071-023-05680-w>

Salmorán-Gómez, Cristina, Serna-Lagunes, Ricardo, Collado, Norma Mora, Romero-Salas, Dora, Ávila-Nájera, Dulce María, & Zetina-Córdoba, Pedro. (2019). Endoparásitos de *Odocoileus virginianus* y *Mazama temama* bajo cautiverio en Veracruz, México. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 10(4), 986-999. Epub 30 de abril de 2020. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v10i4.4959>

Santín-Durán, M., Alunda, J. M., Hoberg, E. P., & de la Fuente, C. (2004). *ABOMASAL PARASITES IN WILD SYMPATRIC CERVIDS, RED DEER, CERVUS ELAPHUS AND FALLOW DEER, DAMA DAMA, FROM THREE LOCALITIES ACROSS CENTRAL AND WESTERN SPAIN: RELATIONSHIP TO HOST DENSITY AND PARK MANAGEMENT. Journal of Parasitology*, 90(6), 1378–1386. doi:10.1645/ge-3376

Šarkūnas, M., Veličkaitė, S., Bružinskaitė, R., Malakauskas, A., & Petkevičius, S. (2007). *Faecal egg output and herbage contamination with infective larvae of species of Ostertagia and Oesophagostomum from naturally infected farmed sika deer Cervus nippon in Lithuania. Journal of Helminthology*, 81(01). doi:10.1017/s0022149x07241884

Serrano, F. (2010). *MANUAL práctico de parasitología veterinaria*. Universidad de Extremadura, Servicio de Publicaciones, 120 pp. (Manuales UEX, ISSN 1135-870-X ; 69. ISBN 978-84-7723-910-9

Shapiro, L. (2010). *Pathology & Parasitology for Veterinary Technicians*. Second Edition. ISBN-13: 978-1-4354-3855-2

Sibaja, K. (2006). *Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica*. Universidad Nacional. Disponible

en: <https://repositorio.una.ac.cr/bitstream/handle/11056/12913/Karen-Sibaja-Morales.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Valcárcel Sancho, F. (2009). Atlas de parasitología ovina. Servet editorial - Grupo Asís Biomedica S.L. <https://elibro.net/es/ereader/uta/59382?page=1>

Vivar González, R. D. (2017). Manual de parasitología para ATV. Servet editorial Grupo Asís Biomedica S.L. <https://elibro.net/es/lc/uta/titulos/44663>

Wilson, D. E., & Reeder, D. M. (Eds.). (2005). Mammal Species of the World: 2-vol. set: A Taxonomic and Geographic Reference (3a ed.). Johns Hopkins University Press.

Zajac, A. M. (2006). Gastrointestinal Nematodes of Small Ruminants: Life Cycle, Anthelmintics, and Diagnosis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 529–541. doi:10.1016/j.cvfa.2006.07.006

## ANEXOS

### Anexo 1 *Identificación de ejemplares*



Categoría Crías



Categoría Juveniles



Categoría Adultos

## Anexo 2 Recolección de Muestras



Heces Frescas



Identificación de Heces



Recolección de Heces



Heces en la funda Ziploc

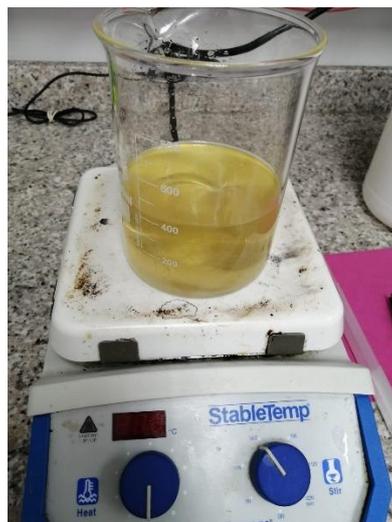


Colocación de las muestras en la hielera

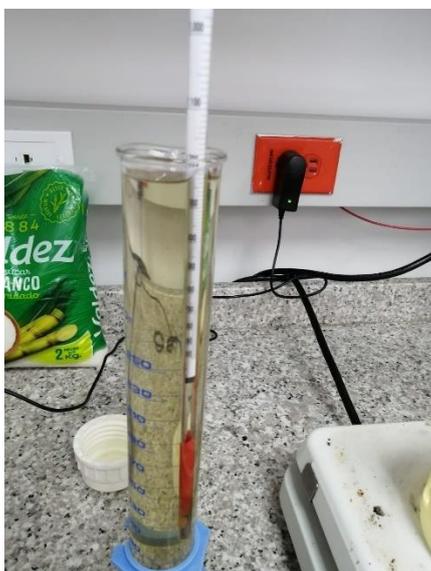
### Anexo 3 Preparación método de Sheather



Pesado de muestras (2 gramos)



Preparación Solución Azucarada



Medición de densidad



Mezcla de la solución con las heces



Filtrado de la mezcla



Colocación de la muestra en tubos



Colocación de cubre objetos y muestras en las cámaras de McMaster



Identificación en Cámara McMaster



Lente 40x (Adulto 5)

## Anexo 4 Preparación método de Faust



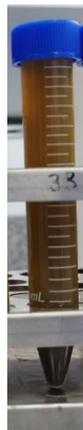
Preparación Sulfato de Zinc (1,18 d)

Pesado de Heces (2 gramos)



Mezcla de las heces con agua destilada

Filtrado de la muestra



Colocación de la mezcla en tubos



Colocación de tubos en la centrífuga



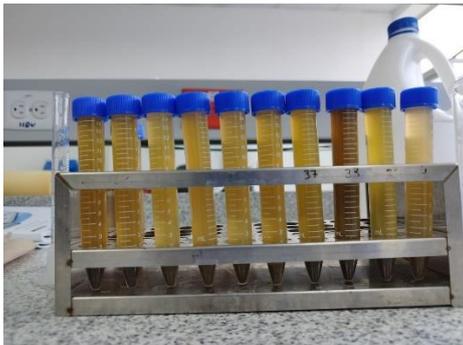
Configuración de las revoluciones



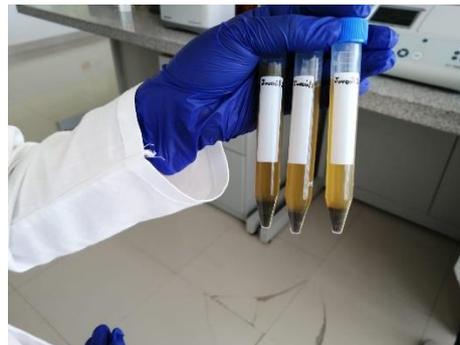
Proceso de centrifugación



Eliminación de residuos



Mezcla en el tubo con Sulfato de Zinc

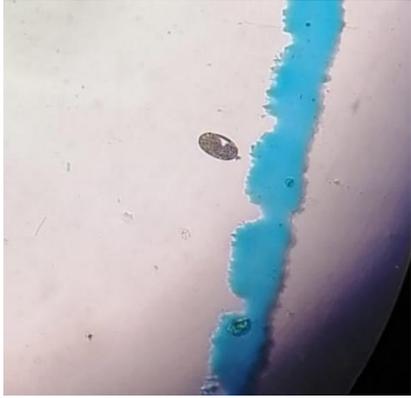


Primer centrifugado

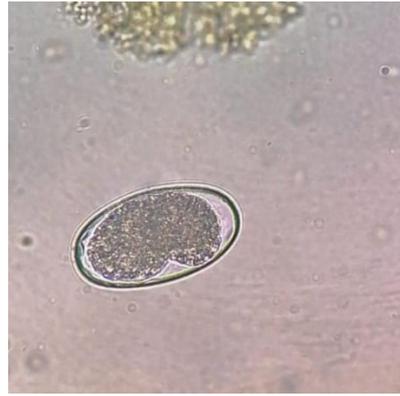


Segundo Centrifugado

Tercer Centrifugado



Identificación en Cámara McMaster



Lente 40x (Juvenil 3)

**Anexo 5 Registros de recolección y procesamiento de las muestras con el conteo en la cámara de McMaster**

PRIMER MUESTREO									
#	Identificación	Recolección	Procesamiento	F. Sheather	McMaster	Total	F. Faust	Mc Master	Total
1	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+2)x50	300	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+4)x50	350
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
2	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
3	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (7+3)x50	500	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (5+3)x50	400
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
4	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
5	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (8+7)x50	750	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+9)x50	650
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+2)x50	200
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
6	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+2)x50	200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+1)x50	250
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (3+0)x50	100
7	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (7+0)x50	350	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (5+4)x50	450
8	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
9	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
10	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
11	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
12	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
13	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
14	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
15	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+2)x50	150	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
16	Adulto	28/11/2022	29/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+0)x50	200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+3)x50	250
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
17	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+4)x50	400	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (5+5)x50	500
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
18	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
19	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
20	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
21	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (14+2)x50	800	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (9+8)x50	850
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
22	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
23	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (7+0)x50	350	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+5)x50	400
24	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+3)x50	150
25	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
26	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
27	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+2)x50	200
28	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+4)x50	200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+2)x50	250
29	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
30	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+4)x50	350	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+8)x50	400
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+2)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
31	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
32	Juvenil	28/11/2022	30/11/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
33	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Strongyloides spp.</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
34	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Strongyloides spp.</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
35	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Eimeria spp.</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
36	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Eimeria spp.</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
37	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
38	Cría	28/11/2022	1/12/2022	<i>Eimeria spp.</i>	hpg = (0+0)x50	0	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50

SEGUNDO MUESTREO									
#	Identificación	Recolección	Procesamiento	F. Sheather	McMaster	Total	Flotación de Faust	McMaster	Total
1	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
							<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
2	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50			
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
3	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
4	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (3+0)x50	150
				<i>Capillaria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Capillaria spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
5	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+5)x50	450	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+9)x50	550
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50			
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50			
6	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
7	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+1)x50	200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+4)x50	200
8	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+4)x50	300	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+2)x50	250
9	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (12+6)x50	900
10	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
11	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
12	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
13	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
14	Adulto	19/12/2022	20/12/2022		hpg = (0+0)x50	0	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
15	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (3+1)x50	200
16	Adulto	19/12/2022	20/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+3)x50	150
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
17	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+4)x50	400	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+5)x50	350
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (6+8)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (28+17)x50	2250
							<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
18	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
19	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+0)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
20	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
21	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (20+4)x50	1200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (9+8)x50	850
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
22	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
23	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+2)x50	250
24	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022		hpg = (0+0)x50	0	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
25	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+3)x50	150
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
26	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
27	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
28	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+4)x50	200	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+2)x50	250
29	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
30	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+8)x50	450
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+0)x50	100
31	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (4+1)x50	250	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
32	Juvenil	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50
33	Cría	19/12/2022	21/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+2)x50	150
34	Cría	19/12/2022	22/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (3+0)x50	150	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100
				<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
				<i>Eimeria spp</i>	hpg = (3+1)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (5+0)x50	250
35	Cría	19/12/2022	22/12/2022	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (2+0)x50	50	<i>Eimeria spp</i>	hpg = (3+2)x50	250
				<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+2)x50	100
36	Cría	19/12/2022	22/12/2022	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+2)x50	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	hpg = (0+4)x50	200
				<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (2+1)x50	150
37	Cría	19/12/2022	22/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (0+1)x50	50
38	Cría	19/12/2022	22/12/2022	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+0)x50	50	<i>Strongyloides spp</i>	hpg = (1+1)x50	100

TERCER MUESTREO									
#	Identificación	Recolección	Procesamiento	F. Sheather	McMaster	Total	F. Faust	McMaster	Total
1	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+0) \times 50$	200
							<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50
							<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
2	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200
							<i>Ostertagia spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
3	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+2) \times 50$	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200
4	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (3+2) \times 50$	250	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150
5	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+0) \times 50$	200	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+5) \times 50$	300
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+3) \times 50$	200
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+2) \times 50$	150
6	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+1) \times 50$	250
7	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+0) \times 50$	200	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+5) \times 50$	250
8	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+3) \times 50$	250	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+2) \times 50$	200
9	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+2) \times 50$	150
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (6+0) \times 50$	300	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (8+7) \times 50$	650
10	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100
11	Adulto	9/1/2023	10/1/2023		$hpg = (0+0) \times 50$	0	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
12	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150
13	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200
14	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100
15	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
16	Adulto	9/1/2023	10/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+2) \times 50$	200
							<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50
17	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+8) \times 50$	450	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (6+22) \times 50$	1400
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (9+8) \times 50$	850	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (56+60) \times 50$	5800
							<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (6+3) \times 50$	450
18	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100
							<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50
19	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200
20	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+2) \times 50$	100
21	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (15+4) \times 50$	950	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (20+6) \times 50$	1300
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100
							<i>Ostertagia spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150
							<i>Oesophagostomum s</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50
22	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100
23	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	150	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+5) \times 50$	250
24	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+2) \times 50$	100
25	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+3) \times 50$	250
26	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+2) \times 50$	200
27	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (2+3) \times 50$	250
28	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+0) \times 50$	150
29	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100
30	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (6+0) \times 50$	300
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100
31	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (3+1) \times 50$	200	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+4) \times 50$	250
32	Juvenil	9/1/2023	11/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50
33	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	200	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+0) \times 50$	200
34	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (2+0) \times 50$	100
				<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (2+3) \times 50$	250
35	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (12+5) \times 50$	850	<i>Eimeria spp</i>	$hpg = (11+21) \times 50$	1600
				<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (4+1) \times 50$	250	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+6) \times 50$	300
				<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+3) \times 50$	150
36	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (0+3) \times 50$	150	<i>Trichostrongylus spp</i>	$hpg = (2+2) \times 50$	200
				<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (0+1) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150
37	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+0) \times 50$	50	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (2+1) \times 50$	150
38	Cría	9/1/2023	12/1/2023	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100	<i>Strongyloides spp</i>	$hpg = (1+1) \times 50$	100

Anexo 6 Tablas de Frecuencias de parásitos por edades

Total de especímenes Adultos			Total de especímenes Adultos			
		16			16	
<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>1er Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>1er Muestreo</b>
Flotación de Shee	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	14	88%		<i>Strongyloides spp</i>	14	88%
<i>Eimeria spp</i>	4	25%		<i>Eimeria spp</i>	4	25%
<i>Trichostrongylus s</i>	4	25%		<i>Trichostrongylus sp</i>	8	50%
<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>2do Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>2do Muestreo</b>
Flotación de Shee	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	12	75%		<i>Strongyloides spp</i>	13	81%
<i>Eimeria spp</i>	4	25%		<i>Eimeria spp</i>	3	19%
<i>Trichostrongylus s</i>	4	25%		<i>Trichostrongylus sp</i>	6	38%
<i>Capillaria spp</i>	1	6%		<i>Capillaria spp</i>	1	6%
<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>3er Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>ADULTOS</b>	<b>3er Muestreo</b>
Flotación de Shee	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	12	75%		<i>Strongyloides spp</i>	13	81%
<i>Eimeria spp</i>	3	19%		<i>Eimeria spp</i>	4	25%
<i>Trichostrongylus s</i>	4	25%		<i>Trichostrongylus sp</i>	6	38%
				<i>Ostertagia spp</i>	1	6%

Total de especímenes Juveniles			Total de especímenes Juveniles			
	16			16		
<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>1er Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>1er Muestreo</b>
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	15	94%		<i>Strongyloides spp</i>	15	94%
<i>Eimeria spp</i>	3	19%		<i>Eimeria spp</i>	3	19%
<i>Trichostrongylus s</i>	3	19%		<i>Trichostrongylus sp</i>	3	19%
<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>2do Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>2do Muestreo</b>
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	14	88%		<i>Strongyloides spp</i>	15	94%
<i>Eimeria spp</i>	2	13%		<i>Eimeria spp</i>	2	13%
<i>Trichostrongylus s</i>	4	25%		<i>Trichostrongylus sp</i>	5	31%
<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>3er Muestreo</b>		<b>Metodo</b>	<b>Juvenil</b>	<b>3er Muestreo</b>
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f		Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f
<i>Strongyloides spp</i>	15	94%		<i>Strongyloides spp</i>	15	94%
<i>Eimeria spp</i>	4	25%		<i>Eimeria spp</i>	5	31%
<i>Trichostrongylus s</i>	2	13%		<i>Trichostrongylus sp</i>	3	19%
				<i>Ostertagia spp</i>	1	6%
				<i>Oesophagostomun</i>	1	6%

Total de especímenes Crias			6			Total de especímenes Crias			6		
<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>1er Muestreo</b>				<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>1er Muestreo</b>			
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f				Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f			
<i>Strongyloides spp</i>	1	17%				<i>Strongyloides spp</i>	3	50%			
<i>Eimeria spp</i>	0	0%				<i>Eimeria spp</i>	3	50%			
<i>Trichostrongylus s</i>	0	0%				<i>Trichostrongylus sp</i>	0	0%			
<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>2do Muestreo</b>				<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>2do Muestreo</b>			
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f				Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f			
<i>Strongyloides spp</i>	6	100%				<i>Strongyloides spp</i>	6	100%			
<i>Eimeria spp</i>	2	33%				<i>Eimeria spp</i>	2	33%			
<i>Trichostrongylus s</i>	2	33%				<i>Trichostrongylus sp</i>	2	33%			
<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>3er Muestreo</b>				<b>Metodo</b>	<b>Cria</b>	<b>3er Muestreo</b>			
Flotación de Sheas	Número de especies que presentan el parásito	f				Flotación de Faust	Número de especies que presentan el parásito	f			
<i>Strongyloides spp</i>	6	100%				<i>Strongyloides spp</i>	6	100%			
<i>Eimeria spp</i>	2	33%				<i>Eimeria spp</i>	2	33%			
<i>Trichostrongylus s</i>	3	50%				<i>Trichostrongylus sp</i>	3	50%			